

Aus der Veterinär-Chirurgischen Klinik der Universität Zürich
(Direktor: Prof. Dr. A. Müller)
Arbeit unter der Leitung von Dr. Ch. Fricker, Oberassistent

Der Einfluss der elektrischen Betäubung auf die Herz- aktivität und deren Bedeutung für den Ausblutungs- grad bei Schlachtgeflügel

Inaugural - Dissertation
zur Erlangung der Doktorwürde
der Veterinär-Medizinischen Fakultät
der Universität Zürich

vorgelegt von
Hans Rudolf Müller
Tierarzt
von Unterkulm AG

Genehmigt auf Antrag von
Prof. Dr. A. Müller, Referent
Prof. Dr. E. Hess, Korreferent

Zürich 1981
Zentralstelle der Studentenschaft
der Universität Zürich

Aus der Veterinär-Chirurgischen Klinik der Universität Zürich

(Direktor: Prof. Dr. A. Müller)

Arbeit unter der Leitung von Dr. Ch. Fricker, Oberassistent

Der Einfluss der elektrischen Betäubung auf die Herz- aktivität und deren Bedeutung für den Ausblutungs- grad bei Schlachtgeflügel

Inaugural - Dissertation
zur Erlangung der Doktorwürde
der Veterinär-Medizinischen Fakultät
der Universität Zürich

vorgelegt von

Hans Rudolf Müller

Tierarzt

von Unterkulm AG

Genehmigt auf Antrag von
Prof. Dr. A. Müller, Referent
Prof. Dr. E. Hess, Korreferent

Zürich 1981

Zentralstelle der Studentenschaft
der Universität Zürich



Für meine Eltern und Myrta



Digitized by the Internet Archive
in 2026

INHALTSVERZEICHNIS

1.	EINLEITUNG	7
2.	BETÄUBUNG UND AUSBLUTUNG	10
2.1.	Der Einfluss der Betäubung auf Ausblutung und Fleischqualität	10
2.2.	Der Ausblutungsgrad und seine Bestimmung	11
3.	DAS BLUTVOLUMEN	14
3.1.	Allgemeines	14
3.2.	Methoden der Blutvolumenbestimmung	14
3.3.	Besonderheiten der verschiedenen Blut- volumenbestimmungsmethoden	16
4.	EIGENE UNTERSUCHUNGEN	18
4.1.	Material und Methode	18
4.2.	Auswertung und Messergebnisse	20
4.2.1.	Zur Szintillationsspektrometrie	21
4.2.2.	Messergebnisse und Berechnungen innerhalb der beiden Versuchsgruppen	23
4.3.	Resultate	25
5.	DISKUSSION	26
6.	ZUSAMMENFASSUNG	27
7.	LITERATURVERZEICHNIS	28

1. EINLEITUNG

Obwohl das Eidgenössische Tierschutzgesetz vom 9. März 1978 mit dem Wortlaut: "Das Schlachten von Säugetieren ohne Betäubung vor dem Blutentzug ist verboten" das Geflügel von der Betäubungspflicht ausschliesst, bilden die Betäubungsanlagen doch einen integrierten Bestandteil der Schlachtkette moderner Geflügelschlachtbetriebe. Die Bereitschaft, das Geflügel vor dem Entblutungsschnitt zu betäuben, beruht nicht auf humanitären Überlegungen, sondern auf der Notwendigkeit, die Tiere für den Schlachtprozess zu immobilisieren.

Um den Anforderungen des Tierschutzes, der Lebensmittelhygiene und der Schlachttechnologie zu genügen, muss die Betäubung, die der Entblutung vorausgeht, folgende Voraussetzungen erfüllen (30, 31, 32):

- Das Tier soll auf schonende Weise in einen Zustand überführt werden, in dem es den Entblutungsstich oder -schnitt nicht wahrnimmt.
- Es dürfen fleischhygienisch keine nachteiligen Folgen auftreten.
- Die Methode soll routinemässig und ohne Gefahr für das Schlachtpersonal ausgeführt werden können.

Dass aber bei der Betäubung des Geflügels diese Kriterien heute kaum erfüllt werden, zeigen Untersuchungen von VON MICKWITZ und LEACH (26) in verschiedenen Schlachthanlagen im EG-Raum: Von 176 stichprobenmässig getesteten Tieren war bei 67 nach Passieren des elektrischen Betäubers der Cornealreflex noch erhalten. Dass aber die Tiere nicht nur nicht betäubt, sondern auch getötet werden können, zeigte ein Test, bei dem sich von 32 unmittelbar nach Passieren der Betäubungsanlage aus der Förderkette genommenen Tieren nur 23 wieder erholten, während die übrigen (fast ein Drittel der Tiere) zu diesem Zeitpunkt bereits tot waren.

In seiner Dissertation hat FRICKER (9) gezeigt, dass die elektrische Betäubung auf einem induzierten epileptiformen Anfall beruht. Beim Huhn ist für einen solchen Anfall eine Durchströmung des Gehirns während 1 sec mit einer Stromstärke von 350-400 mA Wechselstrom von 50 Hz notwendig.

Die heute in den Geflügelschlächtereien ausgeführte elektrische Betäubung wird mit der sogenannten Wasserbad-Methode vorgenommen. Dabei wird der ganze Tierkörper durchströmt. Die metallenen Aufhängebügel des Förderbandes bilden die eine und eine mit Wasser gefüllte Wanne, durch welche die herunterhängenden Köpfe der Tiere gezogen werden, die andere Elektrode. Dadurch wird der ganze Tierkörper in den Stromkreis eingeschlossen. Die Stromstärke von 100 mA kann jedoch bei der Ganzkörperdurchströmung bereits Herzkammerflimmern bewirken (9). Für eine möglichst gute Ausblutung wird eine persistierende Herztätigkeit vorausgesetzt (12, 14, 18, 19, 25, 26, 36, 37, 50).

Aufgrund dieser Annahme kann die Ganzkörperdurchströmung den tierschützerischen und fleischhygienischen Forderungen nicht gleichzeitig gerecht werden, denn

- bei Stromstärken von 350-400 mA werden die Tiere zwar betäubt, haben jedoch als Folge der Herzdurchströmung gleichzeitig Kammerflimmern.
- bei Stromstärken unter 100 mA kann zwar Kammerflimmern vermieden werden, die Tiere werden aber nicht betäubt, sondern nur durch einen schmerzhaften Streckkrampf immobilisiert (9).

Infolge dieser Muskelkrämpfe ist der Cornealreflex zur Ueberprüfung der Betäubung nicht zuverlässig.

Eine gezielte Schäeldurchströmung mit 350-400 mA würde die gestellten Forderungen erfüllen. Das Problem bei dieser Methode besteht im industriellen Schlachtbetrieb in der individuellen Platzierung und Fixierung der Betäubungselektroden.

Obwohl die erhaltene Herzaktion für eine gute Ausblutung als eine absolute Notwendigkeit statuiert wird, sind uns keine wissenschaftlichen Untersuchungen bekannt, welche diese Behauptung beim Geflügel begründen könnten.

Mit der vorliegenden Arbeit soll die Bedeutung der Herzaktivität für den Ausblutungsgrad bei Schlachtgeflügel abgeklärt werden.

2. BETAEÜBUNG UND AUSBLUTUNG

2.1. Der Einfluss der Betäubung auf Ausblutung und Fleischqualität

Der Einfluss der Betäubungsmethode auf die Ausblutung und die Fleischqualität der Schlachttiere ist verschiedentlich untersucht worden, wobei besonders die Elektrobetäubung ein breites Experimentierfeld darstellt, doch liegen darüber recht widersprüchliche Resultate vor.

BULGAKOWA et al. (5) haben festgestellt, dass Elektrobetäubung beim Geflügel einen Stresszustand hervorruft, der die Blutgerinnung aktiviert, was zu verminderter Ausblutung führen soll. Demgegenüber treten nach Dekapitation keine wesentlichen Veränderungen im Blutgerinnungssystem auf.

KUENZEL und INGLING (23) haben die Betäubung beim Geflügel mit verschiedenen Elektroden, Stromarten, Frequenzen und Spannungen durchgeführt: sie verglichen Wasserbad- und Plattenelektrodenbetäubung und verwendeten sowohl Gleichstrom mit verschiedenen Spannungen als auch Wechselstrom mit verschiedenen Spannungen und Frequenzen. Hierbei erwies sich die Plattenelektrode als praxisuntauglich, da der Kontakt zum Tier schwer zu bewerkstelligen ist und grossen individuellen Schwankungen unterliegt. Die Autoren empfehlen aufgrund ihrer Arbeit, einen Wasserbadbetäuber mit Wechselstrom von 60 Hz bei einer Spannung von 50 V zu betreiben.

In einer späteren Arbeit fanden KUENZEL et al. (24), dass pulsierender Gleichstrom (Rechteckstrom 100 V / 480 Hz) nicht zu besserer Ausblutung führe als die Verwendung von Wechselstrom.

Bei Schafen soll elektrische Betäubung zu besserer Ausblutung führen als die Betäubung mit dem Bolzenschussapparat (47).

Verschiedentlich wird die Auffassung vertreten, dass die CO₂-Betäubung gegenüber der elektrischen eine bessere Ausblutung ergibt (11, 42).

VAN DER WAL (46) und SCHEPER (36) fanden, dass die Fleischqualität nach CO₂-Betäubung beim Schwein deutlich schlechter ist als nach Elektrobetäubung. Zudem ist diese Methode sehr umstritten. Aus der Dissertation von CANTIENI (7) geht hervor, dass sie vor allem aus Tierschutzgründen nicht zu vertreten ist.

Wichtig scheint auch die Zeitspanne zu sein, die zwischen elektrischer Betäubung und Entblutungsbeginn liegt. SEEHAFFER (38) fordert mindestens 15 sec, nach SCHEPER (36) und HOENDERKEN (20) dürfen 30 sec nicht überschritten werden. Dagegen soll nach BREMNER (4) mit dem Blutentzug frühestens 30 sec nach erfolgter Betäubung begonnen werden.

Die Ausblutung stellt einen wichtigen Abschnitt im Schlachtprozess dar, entscheidet sie doch zu einem nicht geringen Teil über die Fleischqualität des betreffenden Schlachtkörpers. Zudem verschmutzt das Blut von schlecht ausgebluteten Tieren das Brühwasser (dies betrifft die Schweine- und Geflügelschlachtung), was den Brühvorgang beeinträchtigt. Auch über die Ausblutungszeit liegen verschiedene Untersuchungen vor (15, 16). Bei der Geflügelschlachtung fordern GOETZE (12) 2 min, ZRENNER und TRAUTWEIN (50) 150 sec Ausblutungszeit. Nach HARRIS und CARTER (16) sind nach 40 sec Entblutungszeit bereits 86,3 % der total möglichen Ausblutungsmenge, die ungefähr zwei Drittel der gesamten Blutmenge beträgt (12, 14), abgegangen.

2.2. Der Ausblutungsgrad und seine Bestimmung

Zur Bestimmung des Ausblutungsgrades kann man die bei der Entblutung aufgefangene Blutmenge entweder auf die Körpermasse oder das Gesamtblutvolumen des Tieres beziehen (16, 23, 24, 33, 45). Die letztere Methode ist genauer, da sie nicht durch Fakto-

ren wie unterschiedlicher Körperbau und Fettansatz beeinflusst wird.

PISULA (34) beschreibt eine Methode, bei der fotometrisch Hämoglobin- und Myoglobinanteile im Muskelfleisch bestimmt werden, doch haftet dem Verfahren eine zu grosse Ungenauigkeit an, da der unterschiedliche Gehalt an Blutgefässen im untersuchten Fleischstück einen Einfluss auf das Messresultat hat.

HESS (18) bestimmte den Ausblutungsgrad bei Schlachtkühen mittels des indirekten Haemagglutinationshemmungstestes. Dadurch konnte die Beeinträchtigung des Resultates durch das im Muskel-eluat vorhandene Myoglobin ausgeschlossen werden. Die gleichzeitig durchgeführte Bestimmung mittels Jod-131-markiertem Rinderalbumin ergab eine gute Uebereinstimmung der Resultate.

KOTULA und HELBACKA (21) bestimmten den Ausblutungsgrad bei Hähnchen nach verschiedenen Schlachttechniken. Die Ausblutungs-menge wurde auf das Totalblutvolumen bezogen. Folgende Schlacht-techniken wurden mit je 5 Tieren untersucht: Elektromesser (1000 V / 5 mA), Schnabelstich (Durchtrennung der Medulla oblongata), Bolzenschuss, CO₂, Schächten und "Standardschnitt". In allen Fällen erfolgte der Blutentzug durch Eröffnung der Halsgefässe. Die Untersucher bestimmten den Blutverlust in verschiedenen Zeitspannen nach erfolgtem Schnitt und ermittelten

- für die Zeit von 0-30 sec: 23,2 - 32,9 % des Totalblutvolumens, wobei die Schächtmethode den andern Techniken (in absteigender Folge: Elektromesser, "Standardschnitt", CO₂, Bolzenschuss, Schnabelstich) überlegen war.
- für die Zeit von 0-90 sec: 35,8 - 45,1 % des Totalblutvolumens. Ausblutungsergebnisse in absteigender Folge: Bolzenschuss, "Standardschnitt", CO₂, Schächten, Elektromesser und Schnabelstich.

NIGHTINGALE und RICHARDI (35) haben bei Entblutungsversuchen an Hähnchen einen Ausblutungsgrad von 30,6 bis 37,9 % ermittelt.

3. DAS BLUTVOLUMEN

3.1. Allgemeines

Das Blut besteht aus dem Plasma und den darin suspendierten Zellen. Bei den meisten Säugetieren beträgt die Gesamtblutmenge 6 - 8 % und bei den Vögeln etwa 6 - 10 % des Körpergewichtes. Es bestehen tierartliche und individuelle Unterschiede, auch Rasse, Alter, Geschlecht, Aktivität, Jahres- und Tageszeit, sowie Ernährung und Trainingszustand beeinflussen das Blutvolumen wesentlich (39). Somit ist die Gesamtblutmenge keine konstante Grösse, sondern wird den Bedürfnissen des Organismus angepasst.

Ferner unterliegen die einzelnen Blutkomponenten einem stetigen Wechsel von Neubildung und Abbau, so dass die Menge Blut, die zu einem bestimmten Zeitpunkt im Organismus zirkuliert, von der Geschwindigkeit dieser Vorgänge und ihrem gegenseitigen Verhältnis zueinander abhängt.

Die Gefässe der Haut, des Magendarmtraktes, der Leber und der Milz können als Speicher funktionieren. Im Bedarfsfall erhöht sich der Tonus der venösen kapazitiven Gefässe in diesen Organen und "Reserveblut" gelangt in die Zirkulation, wodurch sich das strömende Blutvolumen gegenüber dem Ruhevolumen um über 30 % erhöhen kann (3, 10, 49).

3.2. Methoden der Blutvolumenbestimmung

Man unterscheidet zwischen direkter und indirekter Blutvolumenbestimmung.

Bei der direkten Methode wird das Tier entblutet und nachher sein Gefässystem mit einer geeigneten Flüssigkeit durchgespült. Ihrer Anwendbarkeit sind daher sehr enge Grenzen gesteckt, und sie hat wegen ihrer Umständlichkeit nur noch historischen Wert.

Zu den indirekten Methoden zählt man die Bestimmung mittels

- Kohlenmonoxyd (CO)
- Farbstoffen
- radioaktiven Substanzen

Das älteste Verfahren ist die Blutvolumenbestimmung mit Kohlenmonoxyd. Dabei lässt man den Probanden in einem geschlossenen System atmen, in welches eine sehr kleine und genau bestimmte Menge CO eingeführt wird. Nach Eintritt des Gleichgewichtes bestimmt man die CO - Konzentration im System und kann die in das Blut aufgenommene Menge CO sowie die CO - Hb - Konzentration berechnen (49).

Bei der Bestimmung des Blutvolumens mit Farbstoffen wird eine bestimmte Menge eines geeigneten Farbstoffes, zum Beispiel Trypanrot, Vitalrot oder T-1824 (Evans Blue) in die Blutbahn injiziert. Nach erfolgter Durchmischung wird eine Blutprobe entnommen, zentrifugiert und das Plasma fotometrisch mit einer Standardlösung des verwendeten Farbstoffes verglichen. Daraus lässt sich das Plasmavolumen berechnen und mit Hilfe des Hämatokrits auch das Totalvolumen (3, 29, 33, 40, 43, 49).

Seit etwa 40 Jahren werden dank den Fortschritten auf dem Gebiet der Nuklearmedizin in zunehmenden Masse radioaktive Isotope zur Markierung von Erythrozyten und Plasmaproteinen verwendet. Das Prinzip der Blutvolumenbestimmung mittels radioaktiven Stoffen beruht auf einer Verdünnungsanalyse. Zur Markierung der Erythrozyten werden die Isotope Cr^{51} , CO^{11} , P^{32} , K^{42} , Fe^{59} , Rb^{86} und Tc^{99} , zur Markierung der Proteine (zumeist Albumine) I^{125} , I^{131} , I^{132} und Fe^{59} verwendet (2, 41, 44). Es liegen zahlreiche Arbeiten auf diesem Gebiet vor (1, 6, 10, 13, 17, 21, 22, 27, 28, 35, 45, 49).

3.3 Besonderheiten der verschiedenen Blutvolumenbestimmungsmethoden

An eine Blutvolumenmessmethode werden verschiedene Anforderungen gestellt: sie soll

- rasch ausführbar sein
- möglichst genaue Messresultate liefern
- am selben Individuum bei Bedarf reproduzierbar sein
- möglichst gefahrlos sein für Untersucher und Proband
(dies gilt vor allem für die Radioisotopenmethoden)

Für Farbstoff- und Isotopenverfahren fordert man zusätzlich, dass die injizierten Stoffe

- das Gefäßsystem möglichst nicht verlassen
- nicht metabolisiert werden
- nicht in einzelnen Organen gespeichert werden

Verschwindet nämlich die Testsubstanz aus dem Blutkreislauf, erscheint die Verdünnung zu hoch, und das Blut- bzw. Plasmavolumen wird zu gross berechnet.

Daraus ersieht man, dass zum Beispiel Evans Blue oder markierte Albumine aufgrund ihrer Molekulargewichte schlechter geeignet sind als markierte Erythrozyten (41). Allerdings kann bei einer einmaligen Blutprobenentnahme ca. 10 min p. inj. der Fehler, bedingt durch das Verschwinden der Testsubstanz, vernachlässigt werden (2, 6).

Nach TRAUTVETTER (42) sind die I^{131} -Humanserumalbumin- (RIHSA) und die Farbstoffmethoden einander gleichwertig, wogegen ZELLER und SIEWERT (49) sowie KOTULA und HELBACKA (22) erstere als genauer erachten.

Die genauesten Ergebnisse liefert die gleichzeitige Messung des Plasma- und Erythrozytenvolumens. Die technischen Fehler bei den

Messungen mit RIHSA allein sind aber wahrscheinlich nicht grösser als die unkontrollierbaren physiologischen Schwankungen (44).

ADAMOPOULOU (1) hat Untersuchungen über die Eignung von RIHSA und Cr^{51} für Blutvolumenbestimmungen beim Pferd angestellt und gibt aus Gründen der Arbeitstechnik und des Strahlenschutzes dem RIHSA den Vorzug. Die dabei zur Messung benötigten Aktivitätsmengen führen zu Strahlenbelastungen, welche weit unterhalb der höchstzulässigen Grenzwerte liegen. Das I^{131} hat eine physikalische Halbwertszeit von 8,05 Tagen (48), womit auch das Rückstandproblem nicht allzu gross ist.

4. EIGENE UNTERSUCHUNGEN

4.1. Material und Methode

Als Versuchstiere dienten 6 - 8 Wochen alte Broiler, die in zwei Gruppen eingeteilt wurden:

- Die Tiere der Gruppe GK (Ganzkörperdurchströmung) wurden nach der schon oben beschriebenen Wasserbadmethode in den elektrischen Stromkreis eingeschlossen, was zur Folge hatte, dass auch das Herz durchströmt wurde.
- Den Tieren der Gruppe BIT (Schädelquerdurchströmung, bitemporale Elektrodenlage) wurden Plattenelektroden an den Schläfen angelegt, so dass nur der Kopf in dem Stromkreis eingeschlossen, die Herzaktivität dagegen nicht beeinträchtigt war.

Die elektrische Durchströmung bei der Betäubung erfolgte aufgrund der von FRICKER (9) ermittelten Werte, nämlich bei Tieren der Gruppe GK mit 200 Volt und bei Tieren der Gruppe BIT mit 90 Volt Wechselstrom von 50 Hz während je 1 Sec. Der Einfluss des Stromes auf die Herzaktivität wurde bei jedem Tier durch ein EKG überprüft.

Um einen optimalen Kontakt zwischen Elektroden und Versuchstier zu erhalten, wurde dem Wasserbad für die Gruppe GK Kochsalz zugesetzt. Die Ständer der Tiere wurden vor dem Einhängen in den Metallbügel im Wasserbad benetzt. Den Tieren der Gruppe BIT trugen wir Elektrodenpaste auf die Haut der Schläfenpartie auf.

Als Bezugsgrösse für die Ermittlung des Ausblutungsgrades wählten wir das Totalblutvolumen, welches wir mit Hilfe von RIHSA* bestimmten

* SARI-1-B der Firma CIS-SORIN Biomedica, Saluggia (Italien),
Radium Chemie AG, Teufen

In der Versuchsanordnung wurden zudem folgende Rahmenbedingungen eingehalten, um methodische Fehler weitestgehend auszuschliessen:

- 12 Stunden vor Versuchsbeginn wurde den Tieren das Futter, 4 Stunden vor Versuchsbeginn das Wasser entzogen (21, 24).
- Da keine lineare Abhängigkeit des Blutvolumens vom Körpergewicht besteht (21), achteten wir darauf, möglichst gleichschwere Tiere zu verwenden.
- Von jeder Charge Versuchstiere wurden gleiche Stückzahlen zufällig den beiden Gruppen GK und BIT zugeordnet.

Zu Beginn des Versuches wurden die RIHSA-Einzeldosen, die für humanmedizinische Verwendung hergestellt werden, an unsere eigenen Bedürfnisse adaptiert, d.h. die Dosisaktivität musste vor der Injektion verringert werden, da der Tracer in unseren Probanden ja eine viel geringere Verdünnung erfuhr. So stellten wir eine mit physiologischer Kochsalzlösung verdünnte Lösung her, die pro Volumeneinheit noch ungefähr einen Viertel der ursprünglichen Aktivität aufwies. Davon fertigten wir Referenzproben an (je zwei Proben 1:40 und 1:100 verdünnt), welche eine optimale Vergleichsgrösse für die in den Kreislauf der Versuchstiere gegebene Aktivität bildeten. Die Aktivität dieser Referenzproben wurde bei jeder Serie parallel mit den zu untersuchenden Blutproben bestimmt.

Den Versuchstieren wurden nun 0.5 ml des verdünnten Tracers streng intravenös (V. cutanea ulnaris) gespritzt. Nach einer Wartezeit von ca. 7 min zur homogenen Verteilung im Blutgefäßsystem wurden die Tiere an ihren Ständern in einen metallenen Bügel gehängt.

Die Platzierung der EKG-Elektroden erfolgte in der Herzachse, d.h. am Rücken und über dem Sternum. Hierauf wurde ein Ausgangs-EKG registriert, die Betäubungselektroden gesetzt und die Tiere betäubt.

30 sec nach erfolgter Betäubung wurden die Versuchstiere durch Eröffnung der Halsgefäße entblutet. Das dabei auslaufende Blut fingen wir während 60 sec in einem Becher auf, der als Antikoagulans 5 ml Natriumcitrat enthielt.

Das Gewicht der entbluteten Tierkörper und des aufgefangenen Blutes bestimmten wir auf ein Zehntelgramm genau.

2 ml des gut durchmischten und aufgerührten Citratblutes wurden in ein Zählröhrchen abgemessen und jeweils unmittelbar nach Beendigung einer Entblutungsserie zusammen mit den zugehörigen Referenzproben szintillationsspektrometrisch* ausgewertet.

Insgesamt haben wir 54 Tiere, nämlich 28 der Gruppe GK und 26 der Gruppe BIT untersucht.

4.2. Auswertung und Messergebnisse

Nach der elektrischen Durchströmung kam es bei den Tieren der Gruppe GK durchwegs zu Kammerflimmern, wogegen bei den Tieren der Gruppe BIT die physiologische Herzaktivität erhalten blieb.

Da es schwierig ist, das Gewicht am lebenden, unruhigen Tier genau zu bestimmen, wurde das Lebendgewicht indirekt, d.h. mittels des Gewichtes des entbluteten Tierkörpers und des Gewichtes des aufgefangenen Blutes errechnet. Zur Umrechnung der Blutvolumina in Gewichte und umgekehrt wurde das spezifische Gewicht des Blutes einheitlich mit $1,04 \text{ g/cm}^3$ angenommen (29).

* Scintillation Spectrometer "Auto-Gamma" der Fa. Packard

Das effektiv in den Zählröhrchen enthaltene Blutvolumen wurde nach der Formel:

$$BV_{\text{eff}} = \frac{2 \times BV_a}{CBV} \quad \text{berechnet}$$

BV_{eff} = effektives Blutvolumen im Zählröhrchen (in ml)

BV_a = bei der Ausblutung aufgefangenes Blutvolumen (ml)

CBV = Citratblutvolumen (= $BV_a + 5$ ml)

4.2.1. Zur Szintillationsspektrometrie

Jedes radioaktive Isotop hat ein individuelles Strahlungsmuster. Isotopengemische können aufgrund der Lage ihrer Komponenten auf der Strahlungsenergieskala aufgetrennt werden. So haben z.B. die Gammastrahlen des I^{131} ihr Emissionsmaximum bei ca. 360 keV (48). Zur Auswertung unserer Proben zählten wir daher zweckmässigerweise die Impulse zwischen 270 und 450 keV.

Bei jeder Auszählung ist der Background, d.h. die durch probenfremde Strahlung bedingten Impulse, zu messen, welcher von jeder Probenimpulsrate abzuzählen ist (= Net Counts).

Unsere Proben wurden alle je zweimal während 5 min ausgezählt. Die Counts der einzelnen Proben wurden wieder auf 2 ml Blut umgerechnet (Berücksichtigung der variablen Citrat-Anteile in den Zählröhrchen).

Die Impulsraten der Blutproben und des Standards stehen im reziproken Verhältnis zu Totalblutvolumen und Standardvolumen:

$$\underline{NSC} = \underline{TBV}$$

$$NBC = SV$$

NSC = Net Standard Counts

NBC = Net Blood Counts

TBV = Total Blood Volume (ml)

SV = Standard Volume (ml)

Das Totalblutvolumen berechnet sich nach Umstellung obiger Formel:

$$TBV = \frac{NSC \times SV}{NBC} \quad \begin{array}{l} \text{SV kann ersetzt werden durch den} \\ \text{Verdünnungsfaktor f} \end{array}$$

Nach Angaben des Herstellers von SARI-1-B kann das Blutvolumen direkt, also ohne Umweg über Plasmavolumen und Hämatokrit ermittelt werden (8).

4.2.2. Messergebnisse und Berechnungen innerhalb der beiden Versuchsgruppen

Legende zu Tabelle 1 und 2:

Nr	Fortlaufende Untersuchungsnummer
LGW	Lebendgewicht (in g)
TBV	Totalblutvolumen (in ml)
TBG	Totalblutgewicht (in g und in % vom LGW)
AB	Aufgefangenes Blut (in g, in ml und in % v. LGW)
AG	Ausblutungsgrad (in %)

Tabelle 1: Gruppe -GK

Nr	LGW g	TBV ml	TBG g	TBG %	AB g	AB ml	AB %	AG %
1	1049.1	117.7	122.4	11.7	22.1	21.250	2.1	18.1
2	951.8	83.6	86.9	9.1	13.8	13.269	1.4	15.9
3	1097.6	119.5	124.2	11.3	27.6	26.538	2.5	22.2
4	978.7	118.6	123.3	12.6	23.7	22.788	2.4	19.2
5	1250.9	109.0	113.3	9.1	26.9	25.865	2.2	23.7
6	1408.5	114.3	118.9	8.4	16.5	15.865	1.2	13.9
7	1412.1	130.4	135.6	9.6	45.1	43.365	3.2	33.3
8	1357.4	117.8	122.5	9.0	39.4	37.885	2.9	32.2
9	1346.0	120.3	125.1	9.3	27.0	25.962	2.0	21.6
10	1312.0	115.7	120.3	9.2	29.0	27.885	2.2	24.1
11	1304.5	118.6	123.4	9.5	29.5	28.365	2.3	23.9
12	1391.2	115.5	120.1	8.6	30.2	29.038	2.2	25.1
13	1402.1	114.5	119.0	8.5	20.1	19.327	1.4	16.9
14	1454.7	115.1	119.7	8.2	27.7	26.635	1.9	23.1
15	1594.3	136.1	141.6	8.9	26.3	25.288	1.6	18.6
16	1245.2	122.4	127.3	10.2	27.7	26.635	2.2	21.8
17	1653.5	122.5	127.4	7.7	16.5	15.865	1.0	12.9
18	1770.2	131.3	136.5	7.7	38.2	36.731	2.2	28.0
19	1597.6	126.2	131.2	8.2	23.1	22.212	1.4	17.6
20	1424.8	112.9	117.5	8.2	19.3	18.558	1.4	16.4
21	1569.0	125.6	130.6	8.3	31.0	29.808	2.0	23.7
22	1507.5	111.7	116.2	7.7	24.0	23.077	1.6	20.7
23	1437.4	114.8	119.4	8.3	24.4	23.462	1.7	20.4
24	1480.8	107.0	111.3	7.5	19.8	19.038	1.3	17.8
25	1471.0	116.1	120.7	8.2	28.5	27.404	1.9	23.6
26	1331.2	108.8	113.2	8.5	19.2	18.462	1.4	17.0
27	1372.8	103.8	107.9	7.9	24.3	23.365	1.8	22.5
28	1563.7	125.5	130.5	8.3	40.2	38.654	2.6	30.8

Tabelle 2: Gruppe BIT

Nr	LGW g	TBV ml	TBG g	TBG %	AB g	AB ml	AB %	AC %
1	1135.6	135.9	141.3	12.4	31.6	30.385	2.8	22.4
2	1076.7	120.1	124.9	11.6	21.7	20.865	2.0	17.4
3	1019.3	112.4	116.9	11.5	20.8	20.000	2.0	17.8
4	1086.2	122.1	126.9	11.7	35.7	34.327	3.3	28.1
5	1313.1	126.6	131.7	10.0	30.1	28.942	2.3	23.0
6	1417.4	119.6	124.4	8.8	27.4	26.346	1.9	22.0
7	1385.1	118.5	123.2	8.9	26.1	25.096	1.9	21.2
8	1327.2	109.1	113.5	8.6	33.2	31.923	2.5	29.3
9	1388.4	110.3	114.7	8.3	27.4	26.346	2.0	23.9
10	1393.5	122.2	127.1	9.1	11.0	10.577	0.8	8.7
11	1361.7	128.3	133.4	9.8	33.2	31.923	2.4	24.9
12	1383.3	117.2	121.9	8.8	28.8	27.692	2.1	23.6
13	1327.9	116.3	121.0	9.1	39.9	38.365	3.0	33.0
14	1390.7	122.9	127.8	9.2	33.7	32.404	2.4	26.4
15	1281.8	108.0	112.3	8.8	19.8	19.038	1.5	17.6
16	1507.7	119.9	124.7	8.3	24.7	23.750	1.6	19.8
17	1365.6	105.9	110.1	8.1	27.6	26.538	2.0	25.0
18	1283.3	101.1	105.1	8.2	32.3	31.058	2.5	30.7
19	1281.2	114.4	119.0	9.3	18.2	17.500	1.4	15.3
20	1308.3	106.5	110.8	8.5	28.3	27.212	2.2	25.6
21	1329.8	119.8	124.6	9.4	34.8	33.462	2.6	27.9
22	1376.8	106.3	110.6	8.0	23.8	22.885	1.7	21.5
23	1385.6	116.7	121.4	8.8	32.6	31.346	2.4	26.9
24	1593.7	127.1	132.2	8.3	29.2	28.077	1.8	22.1
25	1493.8	121.2	126.0	8.4	28.3	27.212	1.9	22.5
26	1475.5	117.5	122.2	8.3	18.5	17.788	1.3	15.1

4.3. Resultate

	GK (n=28)	BIT (n=26)
Lebendgewicht (LGW) (g)		
Mittelwert	1383.4	1334.2
Standardabweichung	194.4	133.6
Standardfehler	36.7	26.2
Totalblutvolumen (TBV) (ml)		
Mittelwert	117.0	117.1
Standardabweichung	9.9	8.1
Standardfehler	1.9	1.6
Totalblutgewicht (TBG) (% vom LGW)		
Mittelwert	8.9	9.2
Standardabweichung	1.2	1.2
Standardfehler	0.2	0.2
Aufgefangenes Blut (AB) (ml)		
Mittelwert	25.5	26.6
Standardabweichung	7.2	6.2
Standardfehler	1.4	1.2
Aufgefangenes Blut (AB) (% vom LGW)		
Mittelwert	1.9	2.1
Standardabweichung	0.5	0.5
Standardfehler	0.1	0.1
Ausblutungsgrad (%)		
Mittelwert	21.6	22.8
Standardabweichung	5.1	5.4
Standardfehler	1.0	1.1

Beurteilung

Der anschliessend durchgeführte t-Test hat ergeben, dass in keinem der erhobenen Parameter signifikante Unterschiede zwischen den Gruppen GK und BIT vorliegen ($p > 0.05$).

5. DISKUSSION

Der Vergleich der Versuchsgruppen GK und BIT zeigt, dass im Ausblutungsgrad kein signifikanter Unterschied festgestellt werden konnte.

Die grössere Streuung der Resultate innerhalb der Versuchsgruppe GK kann vielleicht durch die Tatsache erklärt werden, dass bei diesen Tieren kein epileptiformer Anfall ausgelöst wurde und daher eine individuelle Reaktion auf den gesetzten Stromstoss zustande kam.

Aus dieser Untersuchung resultiert die Forderung nach Erhöhung der Spannung in den bestehenden Geflügelbetäubungsanlagen auf einen Wert, der einen epileptiformen Anfall, d.h. effektiv eine Betäubung, auszulösen vermag, was nach FRICKER (9) einer Stromstärke von mindestens 400 mA bedarf.

6. ZUSAMMENFASSUNG

Die heute übliche elektrische Ganzkörperdurchströmung erzeugt keine Betäubung, häufig aber Kammerflimmern. Wird die Stromstärke so hoch gewählt, dass ein epileptiformer Anfall (Betäubung) zustande kommt, wird in allen Fällen zugleich Kammerflimmern ausgelöst. In der vorliegenden Arbeit wurde nachgewiesen, dass die Ausblutung bei Hühnern mit Kammerflimmern (Ganzkörperdurchströmung) nicht signifikant schlechter ist als bei solchen mit erhaltener Herzaktion (Schädelquerdurchströmung).

7. LITERATURVERZEICHNIS

- 1 ADAMOPOULOU, B. (1975): Bestimmung des Blutvolumens an jungen Trabrennpferden mit J-131-HSA (RIHSA).
Diss. FU Berlin, Journal-Nr. 849
- 2 ANONYM (1973): Standard Techniques for the Measurement of Red-Cell and Plasma Volume
Br. J. Haematol. 25, 801-814
- 3 BIANCA, W. (1950): Untersuchungen über die Methodik der Blutmengenbestimmung am lebenden Tier unter besonderer Berücksichtigung der Blutspeicher
Z. f. Tierzüchtg. u. Züchtgsbiol. 59, 1-97
- 4 BREMNER, A. (1977): Poultry meat hygiene and inspection
Baillière Tindall, London
- 5 BULGAKOWA, L.W., GORBATAJA, N.P., IWANOWA, T.W., SOLOWJEW, W.G., SCHUWKOW, E.G. (1977): Stress und Fleischqualität
XXIII. Europ. Kongress der Fleischforscher, Session B, Moskau
- 6 BURTON, R.R., SAHARA, R., SMITH, A.H. (1967): The Use of Human Radio-iodinated (I-131) Serum Albumin in Determining Whole Body Blood Volumes in the Chicken
Poultry Sci. 46, 1395-1397
- 7 CANTIENI, J. (1976): Ein Beitrag zur CO₂-Betäubung von Schlachtschweinen
Diss. Zürich
- 8 "CIS-SORIN BIOMEDICA" (1978): SARI-125-A-2 - SARI-1-B, Arbeitsanleitung für das Markierungsbesteck
Saluggia, Italien

- 9 FRICKER, CH. (1974): Die elektrische Betäubung von Hühnern vor dem Schlachten mit Wechselstrom von 50 Hz
Diss. Zürich
- 10 GANONG, W.F. (1974): Medizinische Physiologie 3. Aufl.,
Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York
- 11 GANTNER, G. (1962): (Vergleichende Untersuchungen des Ausblutungsgrades von Schweinefleisch mit Rücksicht auf die Betäubungsmethode) (ung.)
Hüsipar, 11, 143-146
- 12 GOETZE, U. (1974): Schlachtung von Geflügel
1. Mitteilung: Betäuben, Entbluten, Brühen, Rupfen
Rdsch. Fleischbesch. 26, 165-169
- 13 GRAY, S.J., STERLING, K. (1950): Determination of Circulating Red Cell Volume by Radioactive Chromium
Science 112, 179-180
- 14 GROSSKLAUS, D. (1979): Geflügelfleischhygiene
Verlag Paul Parey, Berlin
- 15 HARRIS, C.E. (1976): Blood loss by broilers slaughtered in commercial plants with manual and mechanical killers
Poultry Sci. 55, 2042-2043
- 16 HARRIS, C.E., CARTER, T.A. (1977): Broiler Blood Losses with Manual and Mechanical Killers
Poultry Sci. 56, 1827-1831
- 17 HEINZ, G., EGGINGER, R., MIRNA, A. (1972): Methodik zur Bestimmung der Gesamtblutmenge sowie des Ausblutungsgrades von Tieren
Fleischwirtsch. 52, 82-83

- 18 HESS, E. (1968): Bestimmung des Ausblutungsgrades
Fleischwirtsch. 48, 292-293

- 19 HILBURG, W. (1976): Kritische Betrachtungen zur Durchfüh-
rung der elektrischen Betäubung des Schlachtgeflügels
vor dem Schlachtvorgang
Dtsch. tierärztl. Wschr. 83, 409-411

- 20 HOENDERKEN, R. (1978): Elektrische bedwelming van slacht-
varkens (Elektrische Betäubung von Schlachtschweinen)
Diss. Utrecht

- 21 KOTULA, A.W., HELBACKA, N.V. (1966): Blood Volume of Live
Chickens and Influence of Slaughter Technique on Blood
Loss
Poultry Sci. 45, 684-688

- 22 KOTULA, A.W., HELBACKA, N.V. (1968): Chicken Blood Volume:
The Hematocrit and Comparison of I-131 and Evans Blue
Methods
Poultry Sci. 47, 26-31

- 23 KUENZEL, W.J., INGLING, A.L. (1977): A Comparison of Plate
and Brine Stunners, A.C. and D.C. Circuits for Maximizing
Bleed-out in Processed Poultry
Poultry Sci. 56, 2087-2090

- 24 KUENZEL, W.J., INGLING, A.L. DENBOW, D.M., WALTHER, J.H.,
SCHAEFER, M.M. (1978): Variable Frequency Stunning and a
Comparison of Two Bleed-Out Time Intervals for Maximizing
Blood Release in Processed Poultry
Poultry Sci. 57, 449-454

- 25 KUENZEL, W.J., WALTHER, J.H. (1978): Heart Beat, Blood
Pressure, Respiration and Brain Waves of Broilers as Af-
fected by Electrical Stunning and Bleed-Out
Poultry Sci. 57, 655-659

- 26 LAWRIE, R.A. (1970): Fleischkunde
BLV Verlagsgesellschaft mbH, München
- 27 LEIBETSEDER, J., KMENT, A., VON, SKALICKY, M. (1972):
Ueber den Blutgehalt von Schweineorganen nach dem Ent-
bluten der Tiere
Wien. Tierärztl. Mschr. 59, 99-102
- 28 LOMBARDI, M.H. (1972): Radioisotopic blood volume and car-
diac output in dogs
Am J. Vet. Res. 33, 1825-1834
- 29 MEDWAY, W., KARE, M.R. (1959): Blood and plasma volume,
hematocrit, blood specific gravity and serum protein
electrophoresis of the chicken
Poultry Sci. 38, 624-631
- 30 MICKWITZ, G., VON, LEACH, T.M. (1977): Schlachttierbetäu-
bung in den Mitgliedstaaten der EG
Mitt. Landwirtsch. Nr. 30, EGKS-EWG-EAG, Brüssel-
Luxemburg
- 31 MUELLER, A. (1976): Sorgen mit der Betäubung von Schlacht-
tieren
Schweizer Tierschutz 103, (7/8), 4-10
- 32 MUELLER, A., ENGELI, P. (1968): Die elektrische Betäubung
von Schlachtschweinen
Fleischwirtsch. 48, 1346-1349
- 33 NIGHTINGALE, T.E., RICHARDI, J.C. (1977): Rate of hemor-
rhage and total blood loss in broiler cockerels
Poultry Sci. 56, 1742

- 34 PISULA, A. (1975): (Eine Methode zur Bestimmung der relativen Anteile von Myoglobin und Hämoglobin in Muskeln) (pol.)
Zeszyty Problemowe Postepow Nauk Rolniczych No. 167, 115 (1975), (ref. Food Sci. Technol. Abstr. 8, 8S, 1356 (1976)
- 35 ST. AUBIN, D.J., GLRACI, J.R., SMITH, T.C., SMITH, V.I. (1978): Blood volume determination in the ringed seal, Phoca hispida
Can. J. Zool. 56, 1885-1887
- 36 SCHEPER, J. (1977): Inwieweit beeinflusst das Betäubungsverfahren die Fleischbeschaffenheit bei Schweinen
Fleischwirtsch. 57, 1489-1495
- 37 SCOTT, W.N. (1971): The use of electrical stunning devices in poultry slaughter
UFAW Symposium, 20.1.1971, Potters Bar, Hertfordsh.
- 38 SEEHAFFER, W. (1961): Ueber die Bedeutung der Zeitdifferenz zwischen Betäubung mit elektrischem Strom und Entblutung bei Schlachtschweinen zur Verhütung der Muskelblutung
Diss. Hannover
- 39 SJOERSTRAND, T. (1956): Blutverteilung und Regulation des Blutvolumens
Klin. Wschr. 34, 561-569
- 40 STEINHARDT, M., STEINHARDT, K., WACHTEL, W., LYHS, L. (1972): Untersuchungen über das Plasmavolumen, Blutvolumen und die totale Hämoglobinmenge bei Schweinen
Arch. exp. Vet. med. 26, 533-550
- 41 SWAN, H., NELSON, A.W. (1971): Blood volume measurements: Concepts and technology
J. Cardiovas. Surg. 12, 389-401

- 42 SWETLOW, W., GUSLJANNIKOW, W. (1970): (Physikalisch-chemische Kennziffern der Muskulatur und des Blutes von Hühnern bei der CO₂-Betäubung) (russ.)
Mjasnaja industrija SSSR 41, (9), 30
(ref. Fleischwirtsch. 51, 780 (1971))
- 43 TRAUTVETTER, E. (1966): Plasma- und Blutvolumenbestimmung an Hunden mit T-1824 (Evans Blau) und Hämatokrit
Diss. FU Berlin, Journal-Nr. 544
- 44 VETTER, H., VEALL, N. (1960): Radioisotopen-Technik in der klinischen Förschung und Diagnostik
Verlag Urban-Schwarzenberg, München-Berlin
- 45 VOELLM, J. (1964): Der Ausblutungsgrad von Schlachtrindern bei Entblutung im Liegen, im Hängen und nach Vorbehandlung mit "Octapressin" (Sandoz)
Diss. Zürich
- 46 WAL, P.G. VAN DER (1976): Bedwelming van slachtvarkens. Chemisch-fysiologische en vleeskwaliteits-aspecten (Betäubung von Schlachtschweinen. Chemisch-physiologische und Fleischqualitäts-Aspekte)
Diss. Utrecht
- 47 WARRISS, P.D., LEACH, T.M. (1978): The Influence of Slaughter Method on the Residual Blood Content of Meat
J. Sci. Fd. Agric. 29, 608-610
- 48 WEGENER, K.H. (1966): Radioaktivität und Veterinärmedizin
Verlag Paul Parey, Berlin
- 49 ZELLER, R., SIEWERT, R. (1964): Blutvolumenuntersuchungen beim Pferd mit I-131-HSA (RIHSA)
Zbl. Vet. Med., Reihe A 11, 523-537

- 50 ZRENNER, K., TRAUTWEIN, H. (1974): Technologie und Hygiene
in einer Geflügelschlächterei
Schlacht-Viehhof-Ztg. 74, 55-62

Danken möchte ich

- Herrn Prof. Dr. A. Müller für die Anregung zu dieser Arbeit, die Unterstützung und die kritische Durchsicht des Manuskriptes
- Herrn Prof. Dr. E. Hess für sein Interesse an der Arbeit und die Uebernahme des Korreferates
- Herrn Dr. Ch. Fricker für die zielstrebige Leitung der Arbeit und seine Unterstützung
- Herrn Dr. D. Schümperli und Herrn Dr. M. Döbeli für ihre Hilfe bei den Blutvolumenbestimmungen
- Herrn Dr. E. Eggenberger für die statistische Auswertung der Untersuchungsergebnisse
- Herrn Dr. M. Becker für seine Unterstützung und Beratung
- Herrn Dr. R. Beglinger für seine Beratung und für die Uebersetzung von Literatur
- Herrn Th. Wiestner, dipl. El. Ing. HTL, für seine technische Unterstützung
- Herrn Dr. Th. Schmidhofer, Leiter des Fleischlabors des MGB, Courtepin, für die wertvolle Beratung
- Frau E. Chakravorty (Bibliothekarin) für die Beschaffung von Literatur
- Meiner Frau Myrta für die sorgfältige Reinschrift des Manuskriptes
- dem Migros-Genossenschafts-Bund Zürich für die finanzielle Unterstützung
- allen andern ungenannten Helfern, welche zum Gelingen der Arbeit beigetragen haben

LEBENS LAUF

Name: Müller Hans Rudolf

Heimatort: Unterkulm AG

Geboren: 25.4.52 in Aarau

Eltern: Müller Rudolf und Heidi, geb. Schmid

Heirat: 1979 mit Myrta Susanne Rudin

Schulen: 1959 - 1964 Primarschule in Seengen
1964 - 1968 Bezirksschule in Seengen
1968 - 1972 Kantonsschule in Aarau
1972 Matura Typus B

Studium: 1972 - 1977 Studium der Veterinärmedizin
an der Universität Zürich
1977 Staatsexamen

1978 - 1980 Assistent an verschiedenen Abteilungen der Veterinär-Chirurgischen Klinik der Universität Zürich

Seit Juli 1980 Assistent am Biologischen Zentrallaboratorium des Universitätsspitals Zürich

